

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**PREVALENCIA DE BRUCELOSIS Y TUBERCULOSIS EN
CABRAS LECHERAS AMBULANTES EN DOS
MUNICIPIOS DEL DEPARTAMENTO DE GUATEMALA**

EMELY AILEEN PALACIOS MAYORGA

Médica Veterinaria

GUATEMALA, MAYO DE 2023

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**“PREVALENCIA DE BRUCELOSIS Y TUBERCULOSIS EN CABRAS
LECHERAS AMBULANTES EN DOS MUNICIPIOS DEL
DEPARTAMENTO DE GUATEMALA”**

TRABAJO DE GRADUACIÓN

PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD

POR

EMELY AILEEN PALACIOS MAYORGA

Al conferírsele el título profesional de

Médica Veterinaria

En el grado de Licenciado

GUATEMALA, MAYO DE 2023

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
JUNTA DIRECTIVA

DECANO:	M.A. Rodolfo Chang Shum
SECRETARIA:	M.Sc. Lucrecia Esperatriz Motta Rodríguez
VOCAL I:	M.Sc. Juan José Prem González
VOCAL II:	Lic. Zoot. Miguel Ángel Rodenas Argueta
VOCAL III:	M.V. Edwin Rigoberto Herrera Villatoro
VOCAL IV:	Br. César Francisco Monzón Castellanos
VOCAL V:	P. Agr. Jorge Pablo Rosales Roca

ASESORES

M.V. SERGIO FERNANDO VÉLIZ LEMUS
M.SC. FREDY ROLANDO GONZÁLEZ GUERRERO

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

En cumplimiento con lo establecido por los reglamentos y normas de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a su consideración el trabajo de graduación titulado:

“PREVALENCIA DE BRUCELOSIS Y TUBERCULOSIS EN CABRAS LECHERAS AMBULANTES EN DOS MUNICIPIOS DEL DEPARTAMENTO DE GUATEMALA”

Que fuera aprobado por la Honorable Junta Directiva de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Como requisito previo a optar al título de:

MÉDICA VETERINARIA

ACTO QUE DEDICO A:

- A Dios: Por darme la vida y permitirme culminar una parte importante y especial para mí, por no abandonarme y darme fuerzas para seguir.
- A mi madre: Porque ella se merece mi título y todo lo que he logrado con mi carrera, por apoyarme y no permitir que me rindiera, porque gracias a ella logré cumplir mi sueño.
- A mi padre: Por su apoyo y amor incondicional, por siempre estar en las buenas y malas, por enseñarme buenos principios y valores para poder desenvolverme en día a día.
- A mi esposo: Por amarme y apoyarme en esta trayectoria donde hubo risas, penas y todos esos sucesos que hicieron posible que estemos donde estemos, gracias por empezar conmigo y quedarte por siempre, te amo.
- A Iván Burgos: Por sus consejos y apoyo a lo largo de la carrera, por mi primer estetoscopio, por llevarme a las giras, por ayudarme cuando más lo necesitaba, siempre será una persona muy importante para mí y parte de este gran logro.
- A mis hermanas: Jazmín y Katherine por sus sabios consejos y por estar cuando lo más lo necesitaba,

son mi ejemplo a seguir, las admiro demasiado.

A mis suegros:

Zaida y Jonny por sus consejos y enseñarme que aún en los momentos más difíciles que pueda depararte la vida, todos somos capaces de seguir siempre que estemos con Dios y tengamos el amor de nuestra familia.

A mis cuñados:

Andrés, Wilson, Krizia, Hugo y Kimberly quienes no dudaron en estar presentes en las buenas y en las malas, y cada uno con su esencia he podido aprender cualidades para ser mejor persona y profesional.

A mis sobrinos:

Giuli, Marce, Huguito, Liam, Dana, Isabella y Pablito por robarme las risas y recordarme con esas almas puras, lo importante de esos momentos cálidos con la familia.

A mis amigos:

Marisa, Miriam, Christa, y Quique que, aunque fue poco el tiempo que estuvimos juntos, disfrute cada momento, mis años siguientes no fueron lo mismo sin ustedes.

A mis amigos:

A todos mis amigos que me acompañaron durante la carrera estando fuera, por sus motivaciones y consejos, por esos fines de semana que fueron de mucho provecho.

AGRADECIMIENTOS

- A Dios: Por absolutamente todo, sin él no sería posible este gran logro.
- A la USAC: Por ser mi alma mater, por darme lo necesario para comenzar mi vida profesional.
- A mis profesores: Por enseñarme todo lo que les fue posible enseñar, por la paciencia y esmero que hicieron posible que el día de hoy una profesional más se encuentre ejerciendo.
- Al Dr. Sergio Véliz: Por ayudarme a llevar a cabo este trabajo, por estar al pendiente y resolver mis dudas, sin duda un gran profesor y amigo.
- Al Dr. Fredy González: Por aceptar ser mi asesor y guiarme en la estructura de este proyecto, admiro mucho sus conocimientos y su forma de enseñar.
- A los Capricultores: Por la confianza depositada en mí, por acceder a realizar este proyecto que genera información importante para el país.
- A la Dra. Helen Morales: Quien me apoyó a realizar las gestiones necesarias en el Laboratorio de Sanidad Animal del VISAR-MAGA para llevar a cabo el proyecto.

ÍNDICE GENERAL

I. INTRODUCCIÓN	1
II. HIPÓTESIS	3
III. OBJETIVOS	4
3.1. Objetivo general.....	4
3.2. Objetivo específico.....	4
IV. REVISIÓN DE LITERATURA	5
4.1. Tuberculosis (TB).....	5
4.1.1. Etiología	5
4.1.2. Patogenia	6
4.1.3. Signos clínicos en pequeños rumiantes.....	7
4.1.4. Diagnóstico	8
4.1.5. Control y prevención.....	16
4.1.6. Epidemiología de tuberculosis en cabras en Guatemala	17
4.1.7. Salud Pública	17
4.2. Brucelosis	18
4.2.1. Etiología	18
4.2.2. Patogenia	19
4.2.3. Signos clínicos en pequeños rumiantes.....	20
4.2.4. Diagnóstico	21
4.2.5. Control y Prevención	24
4.2.6. Epidemiología de brucelosis en cabras en Guatemala	26
4.2.7. Salud Pública	26
V. MATERIALES Y MÉTODOS	28
5.1. Materiales	28
5.1.1. Universo.....	28
5.1.2. Recursos humanos.....	28

5.1.3. Recursos de campo.....	28
5.1.4. Recursos biológicos	29
5.2. Metodología	29
5.2.1. Palencia	29
5.2.2. Villa Nueva	30
5.2.3. Diseño de estudio.....	32
5.2.4. Obtención de muestra y diagnóstico.....	32
5.2.5. Metodología para diagnóstico de tuberculosis	33
5.2.6. Metodología para diagnóstico de brucelosis	33
5.2.7. Análisis de datos	34
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	35
VII. CONCLUSIONES.....	41
VIII.RECOMENDACIONES	42
IX. RESUMEN	43
SUMMARY.....	44
X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	45
XI. ANEXOS	50

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1: Interpretación de resultado método cervical simple..	11
Cuadro 2: Interpretación de método cervical comparativa.	12
Cuadro 3: Interpretación de resultados método ano-caudal.	13
Cuadro 4: Resultados de Prevalencia de Tuberculosis y Brucelosis.	36

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Mapa del Municipio de Palencia en Departamento de Guatemala	30
Figura 2: Municipio de Villa Nueva en el Departamento de Guatemala.....	31
Figura 3: Prevalencia de Tuberculosis.	36
Figura 4: Prevalencia de <i>Brucella sp.</i>	38

I. INTRODUCCIÓN

En los municipios de Palencia y Villa Nueva del departamento de Guatemala, es común ver a cabras lecheras ambulantes junto con sus dueños, vendiendo leche cruda en los sectores aledaños, incluyendo algunas zonas cercanas de la ciudad capital. Aunque se desconoce el estado de salud de los animales, las personas consumen esta leche que puede ser una fuente de transmisión para las enfermedades de brucelosis y tuberculosis en humanos. Según lo indica la Organización Mundial de la Salud (OMS, 2022), la brucelosis es una de las zoonosis más extendidas transmitidas por los animales, y en zonas endémicas, la brucelosis humana tiene graves consecuencias para la salud pública. Menciona que la mayoría de los casos son causados por el consumo de leche cruda o de sus derivados como el queso fresco, especialmente de origen ovino o caprino. Así como también para la tuberculosis humana, la cual se menciona en la Organización Mundial de Sanidad Animal (OMSA, 2021a), que a pesar de que la forma zoonótica es menos común, se transmite de forma indirecta, a través del consumo de leche contaminada o material infectado con contenido cárnico.

En Guatemala se creó el Programa de Control Progresivo de Brucelosis y Tuberculosis del Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación (MAGA) con el objetivo de minimizar en los próximos 10 años la prevalencia e incidencia de estas enfermedades con el fin de declarar zonas o regiones libres de ella, y toma en consideración que sin un control de estas enfermedades no puede haber desarrollo ganadero (MAGA, 2021). El último censo realizado para determinar la cantidad de ganado caprino existente en granjas y viviendas según el Instituto Nacional de Estadística (INE, 2005) fue de 84,195 cabezas, de las cuales no es posible determinar si los pequeños productores o una parte de ellos tiene un programa de control de brucelosis y tuberculosis o si recibe ayuda técnica de parte de las instituciones responsables para concientizar sobre las enfermedades y para mejorar las técnicas de producción, y por ende a tener un mejor control de las enfermedades

que representan un riesgo para la población que consume leche cruda o subproductos lácteos artesanales.

De tal manera, que este documento de investigación ayudará a generar información clave para estimar el estado actual de las enfermedades en cuestión mediante la determinación de la prevalencia y así ayudar a los pequeños productores del departamento de Guatemala a mejorar sus métodos de producción que en consecuencia ayudará a tener un mejor control y prevención de la enfermedad en las personas.

II. HIPÓTESIS

La prevalencia de Brucelosis y Tuberculosis en cabras lecheras muestreadas, que deambulan en dos municipios del departamento de Guatemala (Villa Nueva y Palencia), será del 50%.

III. OBJETIVOS

3.1. Objetivo general:

- Generar información sobre el estado sanitario de dos rebaños de cabras ambulantes de los municipios de Villa Nueva y Palencia respectivamente, del departamento de Guatemala.

3.2. Objetivo específico:

- Determinar la prevalencia y presencia de anticuerpos de *Brucella sp.* en dos rebaños de cabras ambulantes de los municipios de Villa Nueva y Palencia del departamento de Guatemala.
- Determinar la prevalencia de Tuberculosis en dos rebaños de cabras ambulantes de los municipios de Villa Nueva y Palencia del departamento de Guatemala.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1. Tuberculosis (TB)

La tuberculosis es la infección por cualquiera de las especies de micobacterias del Complejo *Mycobacterium tuberculosis* (MTC) presente en animales bovinos (incluyendo todas las especies *Bos* y *Bubalus bubalis*) y en el bisonte (*Bison bison* y *Bison bonasus*), en cérvidos, cabras o camélidos (Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, 2022).

La infección por *Mycobacterium caprae* puede transmitirse al ganado bovino; también se ha observado en animales silvestres, como el jabalí y el ciervo, provocando en todos estos casos una TB similar a la ocasionada por *M. bovis* en estas especies. En lo que respecta a la transmisión a humanos, la TB caprina es una zoonosis, habiéndose identificado tuberculosis de origen caprino desde 1996 (Marín, 2010).

4.1.1. Etiología:

La tuberculosis caprina es una enfermedad causada por *Mycobacterium caprae* pero comparte características con *M. bovis*, según lo explica Marín (2010) *M. caprae*, *M. bovis* y *M. tuberculosis* se incluyen en el complejo *M. tuberculosis*, por lo que comparte antígenos, características de cultivo, elevada homología genética lo que conlleva a que provoquen la conocida tuberculosis respiratoria cuyas lesiones también son similares. De forma general, se puede concluir que la tuberculosis caprina es la enfermedad producida por cualquiera de las especies incluidas en el Complejo *M. tuberculosis* y no la ocasionada exclusivamente por *M. caprae* (Garrido, 2011). El género se caracteriza por ser gram positivas débiles, ácido-alcohol resistentes, tienen forma de varilla delgada, son inmóviles y aerobias incapaces de esporular (Rodríguez, 2012).

4.1.2. Patogenia:

La infección natural por *M. bovis* o *M. caprae* en el ganado se suele producir por vía aerógena mediante aerosoles que contienen la bacteria, o por vía oral mediante el consumo de leche materna en animales jóvenes. Anteriormente se creía que mediante esta forma de infección, se detectaban granulomas tuberculosos que se observan en linfonodos del aparato respiratorio (bronquiales, mediastínicos y retrofaríngeos) o en pulmón, luego se observó experimentalmente que mediante la infección por vía oral, pueden aparecer granulomas en los mismos linfonodos del aparato respiratorio y no en los linfonodos mesentéricos y vísceras abdominales, por lo que la localización de las lesiones no es indicativo de la vía de infección (Garrido, 2011).

Los granulomas microscópicos pueden observarse a partir de los 7-15 días post infección. Las lesiones tempranas, categorizadas como granulomas en Etapa I o Etapa inicial se componen de acumulaciones de macrófagos epiteloideas con un bajo número de linfocitos, neutrófilos y células gigantes multinucleadas de Langhan (Waters, 2015).

Es importante destacar que la necrosis es ausente en los granulomas en estadio I. Entre los 21 y 60 días después de la infección experimental hay una progresión constante entre las etapas de la formación del granuloma. Los granulomas en la etapa I son seguidos por granulomas en etapa II los cuales son sólidos, que son similares a los granulomas es estadio I, pero tienen infiltración de neutrófilos, linfocitos y una cápsula fibrosa delgada, la necrosis central puede estar presente. Los granulomas en estado o etapa III, el cual es necrótico, exhiben una encapsulación fibrosa completa y necrosis central significativa (Waters, 2015).

La etapa o estadio IV, los cuales son necróticos y mineralizados, se caracteriza por múltiples granulomas necróticos y caseosos, con necrosis multicéntrica,

mineralización distrófica y una encapsulación con una capa gruesa y fibrosa. A los 60 días post infección, los granulomas de todas las etapas pueden estar presente en la misma sección microscópica del tejido. Los bacilos acido-resistentes pueden estar presentes en todas las etapas, pero son más numerosos en la etapa IV (Waters, 2015).

La inmunidad de las células T se considera esencial en la eliminación de las infecciones por micobacterias. Entre ellas se encuentra las células T CD3+ y CD4+, las cuales son el subtipo de linfocitos predominante en los granulomas de todos los estadios. La naturaleza de la respuesta inmune observada en el sitio de la infección puede variar de acuerdo con la inicial carga bacteriana; cuanto mayor sea la dosis infecciosa, mayor será la proporción de IFN γ (interferón gamma) positivo en las células del granuloma (Waters, 2015).

4.1.3. Signos clínicos en pequeños rumiantes

Los signos en las especies animales son consecuencia de las lesiones que la enfermedad provoque. Según lo afirma Garrido (2011) “En la tuberculosis caprina la principal vía de infección es la respiratoria y los signos, por tanto, suelen ser respiratorios (tos seca principalmente), a medida que progresa la enfermedad, se produce emaciación, disminución de la producción láctea y anemia”. Aunque es necesario hacer un buen diagnóstico debido a que los signos no son patognomónicos. En casos más graves puede producirse la muerte debido a una septicemia o afección de órganos vitales (Garrido, 2011).

En algunas ocasiones aparecen lesiones y signos en el ganado caprino que se deben de observar y prestar mucha atención, tal es el caso de la mastitis tuberculosa que puede ser frecuente y pasa inadvertida, lo cual es de suma importancia debido a las implicaciones que tiene en la transmisión por medio de la

leche, en especial en las zonas donde no hay un procesamiento adecuado de la misma (Garrido, 2011).

4.1.4. Diagnóstico

4.1.4.1. Intradermotuberculinización (IDTB) o Prueba de hipersensibilidad retardada

La prueba cutánea de la tuberculina es el método estándar de diagnóstico en animales domésticos. Consiste en inyectar tuberculina bovina por vía intradérmica (un extracto purificado de proteína derivado o PPD de *M. bovis*) y luego medir el grosor de la piel en el sitio de inyección 72 horas después para detectar cualquier inflamación posterior en el lugar de la infección (signo de hipersensibilidad retardada asociado a la infección) (OMSA, 2021a). Una IDTB simple o IDTBs se aplica únicamente PPD extraída de *M. bovis* AN5 mientras que sí se realiza la IDTB de comparación o comparada (IDTBc) se inyectan PPD bovina y otra PPD extraída de *M. avium* subsp. *avium* D4 ER (PPD aviar) la cual representa una ventaja en cuanto a la especificidad debido a su diferenciación entre tuberculosis y la infección por otras micobacterias ajenas al complejo *M. tuberculosis* (Garrido, 2011).

A pesar de que el método estándar utiliza como sitio de inoculación más común la tabla del cuello o la región de la espalda (escápula) (Garrido, 2011), también se puede utilizar el pliegue ano caudal siempre que se tome en cuenta las siguientes características según lo explica Torres (2020):

“Cuando utilizamos el lugar de inoculación más sensible, que es la tabla del cuello, si la potencia de la PPD es baja, los resultados que se obtengan en la identificación de animales infectados podrían ser iguales o aún menor que los que se podrían registrar utilizando un área menos sensible, como ser el pliegue ano caudal y una PPD de adecuada potencia. Al utilizar el sitio de inoculación menos sensible y una PPD de baja potencia, la veracidad de los

resultados podría alterarse seriamente, sobre todo cuando se desconoce el verdadero diagnóstico de situación sanitario del rodeo”.

Por lo que la utilización del pliegue es funcional cuando se respeta la potencia del PPD o bien la dosis utilizada. La OMS (como se citó en Torres, 2022) indica que PPD bovino deberá contener 1 mg de proteínas por mililitro de antígeno para una potencia de 32,500 U.I./mg/ml. La potencia estimada de tuberculina bovina deberá ser, no inferior al 66% ni mayor del 150% de la potencia indicada en el prospecto.

La dosis juega un papel importante debido a que la piel del cuello es más sensible a la tuberculina que la piel del pliegue caudal, pero para compensar esta diferencia, pueden utilizarse dosis más altas de tuberculina en el pliegue caudal (OMSA, 2018a).

Según lo indica Torres (2022), no hay diferencia significativa en sensibilidad y especificidad para el test ano caudal, utilizando 0.2 ml y 0.4 ml de dosis de PPD de 0.1 mg/ml, aunque el tamaño de la reacción de los animales infectados sería mayor con la dosis de 0.4 ml, así como existe una escasa diferencia entre la sensibilidad del test cervical simple con 0.1 ml de dosis y el test ano caudal con 0.2 ml a igual potencia, por lo que utilizando 0.2 ml a 0.1 mg/ml de potencia en la prueba ano caudal es tan sensible como utilizar 0.1 ml de PPD de potencia moderada en la prueba cervical simple.

Aunque según lo sugiere MAGA (2019), la tuberculosis se diagnostica con la prueba cutánea en la región ano caudal o en la tabla del cuello utilizando 0.1 ml a 0.1 mg o 0.2 mg de PPD bovina.

4.1.4.2. Procedimiento

4.1.4.2.1. Prueba cervical

Para la prueba cervical simple y comparativa, los puntos de inyección deben rasurarse y limpiarse. Con un compás de espesor cutáneo se mide un pliegue de piel situado dentro de la zona rasurada, y se marca el punto antes de la inyección. Se inserta una aguja corta con el borde del bisel hacia afuera y acoplada a una jeringa graduada cargada con tuberculina, oblicuamente hasta las capas más profundas de la piel, seguidamente se inyecta la dosis de tuberculina (OMSA, 2018a).

La dosis de tuberculina inyectada no debe ser inferior a las 2.000 Unidades Internacionales (UI) de tuberculina bovina o aviar. Se confirma que la inyección se ha realizado de forma correcta palpando una pequeña hinchazón en forma de un pequeño guisante a cada lado de la inyección si es método comparativo, o únicamente en el lado de inyección si es simple (OMSA, 2018a).

El espesor del pliegue de piel de cada punto de inyección se vuelve a medir 72 horas después de la inyección. La medición de la piel realizada antes de la inyección y en el momento de leer la prueba deben ser llevadas a cabo por la misma persona (OMSA, 2018a).

Según la Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación del Gobierno de México (SAGARPA, 2013) la prueba cervical simple es la más sensible que los tres métodos de tuberculinización, por lo tanto, está indicado para probar hatos en los que se ha confirmado mediante aislamiento bacteriológico o que estuvo expuesto directa o indirectamente con animales infectados de *M. bovis*, por lo que se puede utilizar en caso se sospeche de la enfermedad.

En la prueba intradérmica simple (que requiere una sola inyección de tuberculina bovina), la reacción se suele considerar negativa si solo se observa una pequeña hinchazón, con un aumento de no más de 2 mm y sin signos clínicos, como edema difuso o extenso, exudación, necrosis, dolor o inflamación de los conductos linfáticos en esa zona o de los ganglios linfáticos. La reacción se considera inconcluyente si no se observa ninguno de estos signos clínicos y si el aumento del grosor del pliegue cutáneo es superior a los 2 mm e inferior a los 4 mm. La reacción se considera positiva si se observa signos clínicos, o si hay un aumento de 4 mm o más en el espesor del pliegue cutáneo (OMSA, 2018a). Para poder leer la prueba es importante que la realice el mismo médico veterinario que aplicó la prueba, a las 72 ± 6 horas posteriores a su inoculación, mediante la observación y palpación del sitio en donde se realizó la aplicación (SAGARPA, 2013).

Negativo	Sospechoso	Positivo
<2mm	2-4 mm	>4mm
Sin signos clínicos	Grosor mayor a 2 mm y menor a 4 mm sin signos clínicos	Con signos clínicos

Cuadro 1: Interpretación de resultado método cervical simple. Información obtenida de OMSA (2018a).

Los animales que dan resultados inconcluyentes en la prueba intradérmica simple deben someterse a otra prueba tras un intervalo de 42 días para que la desensibilización pueda disminuir (en algunas zonas, se utilizan 60 días para el ganado bovino y 120 días para los ciervos). Los animales que no son negativos a esta segunda prueba deben considerarse presuntamente positivos a la prueba. Los animales que son positivos a la prueba intradérmica simple pueden someterse a una prueba intradérmica comparativa o a un análisis de sangre (OMSA, 2018a).

En cuanto a la prueba intradérmica comparativa, en SAGARPA (2013) describe que es la única prueba autorizada para confirmar o descartar animales reactivos a la “prueba de pliegue caudal” en México, por lo que se aplica en hatos que presentaron reactivos y no debe ser utilizada en hatos que se hayan confirmado como infectados.

En la interpretación de la prueba intradérmica comparativa, una reacción se suele considerar positiva si el aumento del espesor de la piel en el punto de inyección del PPD bovino es más de 4 mm superior a la reacción observada en el punto de inyección del PPD aviar. La reacción se considera inconcluyente si el aumento en el espesor de la piel en el punto de inyección del PPD bovino es superior a la reacción del PPD aviar con una diferencia de menos de 4 mm. La reacción se considera negativa si el aumento en el espesor de la piel en el punto de inyección del PPD bovino es inferior o igual al aumento en la reacción cutánea en el punto de inyección del PPD aviar (OMSA, 2018a).

Si se obtienen animales reactivos en la prueba de pliegue caudal, se podrá efectuar una prueba cervical comparativa por única vez dentro de los 10 días naturales siguientes a la inoculación de la prueba caudal, o bien después de transcurridos 60 y antes de 90 días naturales (SAGARPA, 2013).

Negativa		Sospechosa		Positiva	
<i>M. bovis</i>	<i>M. avium</i>	<i>M. bovis</i>	<i>M. avium</i>	<i>M. bovis</i>	<i>M. avium</i>
≤ <i>M. avium</i>	Sin reacción	> <i>M. avium</i> - 4 mm	Sin reacción	>4 mm	Sin reacción
Sin reacción y signos clínicos		Mayor a reacción de <i>M. avium</i> y menor a 4 mm.		Mayor a reacción de <i>M. avium</i> por 4 mm.	

Cuadro 2: Interpretación de método cervical comparativa, obtenido en OMSA (2018a).

4.1.4.2.2. Prueba pliegue ano-caudal

En la prueba del pliegue caudal, se inserta oblicuamente una aguja corta con el borde del bisel hacia afuera en las capas más profundas de la piel de la cara lateral del pliegue caudal, en un punto situado a medio camino entre el pliegue y la línea de pelo de la cara ventral del pliegue (OMSA, 2018a).

La interpretación estándar es que todo cambio palpable o visible se considera presuntamente una reacción. También se utiliza una interpretación modificada: un resultado positivo es toda hinchazón palpable o visible en el punto de inyección con una diferencia de espesor del pliegue caudal de 4 mm respecto al espesor del

pliegue caudal opuesto (OMSA, 2018a). Las lecturas de las reacciones se hacen a las 72 (\pm 6) horas después de la inyección de tuberculina, levantando con una mano la cola hasta estirar ligeramente el pliegue ano-caudal, con el índice y pulgar de la otra mano se palpa el pliegue para comprobar si hay engrosamiento (Errico, 1985).

Según Errico (1985), se considera positivo si el engrosamiento de la piel es de 5 mm o más, dudoso si el engrosamiento del pliegue se encuentra entre 3-4 mm, y se considera negativo si el engrosamiento del pliegue es menor a 3 mm.

Negativo	Sospechoso	Positivo
<3 mm	3-4 mm	>5 mm

Cuadro 3: Interpretación de resultados método ano-caudal, obtenido de Errico (1985).

4.1.4.3. Prueba de Interferón-gamma (IFN- γ)

Las pruebas de proliferación de linfocitos y gamma-interferón son análisis de sangre que miden la inmunidad celular, aunque la prueba de proliferación de linfocitos puede ser útil en el caso de animales silvestres o en zoológicos no se utiliza con frecuencia en ganadería (MAGA, 2019).

Aunque no hay mucha información sobre el uso de pruebas sanguíneas en cabras, la Organización Mundial de Sanidad Animal (OMSA, 2022), indica que actualmente se encuentran disponibles o en desarrollo pruebas sanguíneas in vitro que detectan bacterias, anticuerpos o inmunidad celular de la cual la más utilizada es la prueba o ensayo de liberación del interferón-gamma, que detecta una respuesta inmunitaria mediante células frente a la infección por *M. bovis*.

Esta prueba se basa en el principio de que las células sanguíneas bovinas que se han expuesto previamente a *M. bovis* a través de una infección producen niveles elevados de interferón-gamma, tras una incubación in vitro por antígenos de *M. bovis* (OMSA, 2022). Los animales infectados con bacterias del complejo *Mycobacterium tuberculosis* poseen linfocitos circulantes sensibilizados a antígenos de dichas micobacterias, estos linfocitos presentes en la sangre son capaces de responder in vitro frente a estos antígenos, liberando en su respuesta IFN- γ , por lo

que los linfocitos de animales no infectados no responden produciendo IFN- γ (VISAVET, 2020).

Sin embargo, el diagnóstico definitivo se confirma por cultivo e identificación de bacterias en laboratorio, un proceso que puede requerir ocho semanas o más (OMSA, 2022).

Según Garrido (2011), es considerada en la Unión Europea como prueba oficial complementaria para el diagnóstico de la tuberculosis bovina y en los programas de control de tuberculosis en ganado caprino se viene empleando de igual forma en condiciones epidemiológicas determinadas, sin variar ningún aspecto metodológico ni de interpretación de la prueba. Por lo que puede decirse que, al describir el método en bovinos, también se puede describir de igual forma en caprinos.

La sensibilidad de la técnica en ganado bovino se estima entre un 73% y un 100% dependiendo del estudio consultado, con una media del 87,6%, y respecto a la especificidad, se calcula que está entre un 85% y un 99,6%, con una media del 96,6% (Garrido, 2011).

En los pocos estudios en el ganado caprino se estima que la sensibilidad varía entre un 58% y 92%, dependiendo del punto de corte empleado y las condiciones epidemiológicas del rebaño, en cuanto a la especificidad, no hay suficiente información al respecto (Garrido, 2011).

La prueba consiste en dos fases, la primera y más crítica consiste en que la sangre es extraída de los animales y remitida al laboratorio, estimulada con los antígenos (PPDs u otros antígenos específicos) e incubada durante un periodo de 18-24 horas; y en la segunda fase, el IFN- γ presente en el plasma recogido mediante centrifugación es detectado y cuantificado mediante una técnica de ELISA tipo sándwich (Garrido, 2011).

El Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria (VISAVET, 2020), describe el procedimiento de la técnica del IFN- γ de la siguiente manera:

1. Esta técnica puede realizarse en animales en los que no se haya aplicado la IDTB en los últimos 60 días. Se aconseja en animales a partir de los 6 meses de edad.
2. Las muestras de sangre se tomarán antes de inocular las tuberculinas, y deben llegar al laboratorio encargado de realizar el análisis dentro de las 8 horas posteriores a la recolección de la muestra. Aunque Garrido (2011), menciona que hay estudios con 24 horas entre la toma de muestra y la entrega al laboratorio, que no hacen diferencia significativa en los resultados obtenidos.
3. La muestra consiste en sangre recogida con el anticoagulante heparina de litio, mantenida a temperatura ambiente.
4. Para el estudio normal se debe recoger un volumen mínimo de 5 ml. de sangre, por lo que es recomendable realizar la extracción de sangre en tubos de 10 ml. Es necesario mezclar la sangre suavemente por inversión del tubo varias veces para disolver la heparina.
5. Las muestras se estimulan con solución salina tamponada con fosfato PBS como control negativo, y con PPD aviar y bovina.
6. Las muestras estimuladas se incuban durante 16-24 horas a $37 \pm 1^{\circ}\text{C}$, manteniendo la atmósfera húmeda para evitar la desecación.
7. Tras la incubación, las muestras se centrifugan a 770 g durante 15 minutos, para poder recoger el sobrenadante; es suficiente recoger 300 o 400 μl de cada pocillo.
8. Los sobrenadantes pueden ensayarse directamente, conservarse a 4°C durante 72 horas, o mantenerse congelados (temperatura mínima de -20°C).
9. Las muestras congeladas deben descongelarse a 4°C , equilibrarse a temperatura ambiente y homogeneizarse antes de valorarlas en el ensayo EIA para IFN- γ .
10. Cada uno de los tres sobrenadantes se ensaya mediante un kit de enzimoimmunoensayo (ELISA) para la detección in vitro de IFN- γ .

11. El kit es un ELISA de tipo sándwich (doble anticuerpo monoclonal) diseñado para detectar IFN- γ biológicamente activo.
12. Los resultados se obtienen según la respuesta de la muestra a la estimulación con PPD bovina teniendo en cuenta los valores de PBS y/o PPD aviar.

La utilización de un anticoagulante distinto a la heparina, o la refrigeración de las muestras reducen drásticamente la viabilidad de los linfocitos y por lo tanto son criterios suficientes para su rechazo (VISAVET, 2020).

4.1.5. Control y prevención

En Guatemala existe un programa de control y prevención de la tuberculosis de origen animal para prevenir la transmisión de la enfermedad en humanos. El Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación (MAGA, 2019) afirma:

“La tuberculosis bovina se puede controlar mediante métodos de prueba y sacrificio, o prueba y segregación. Los hatos afectados se someten a pruebas periódicas (45 – 60 días) para eliminar a los que pudieran propagar el microorganismo. Los rebaños infectados son sometidos a cuarentenas y se rastrean los animales que estuvieron en contacto con reactores para el seguimiento y eliminación de la enfermedad. Sólo las técnicas de prueba y sacrificio garantizan la erradicación de la tuberculosis de los animales domésticos”.

Así como también existen otros métodos para el control de la tuberculosis como medidas de bioseguridad que incluye planes de limpieza y desinfección, control de plagas y evitar el contacto con granjas vecinas y animales silvestres (MAGA, 2019).

4.1.6. Epidemiología de tuberculosis en cabras en Guatemala

Valdiviezo (2000), realizó un estudio sobre el estado sanitario de cabras deambulantes en Escuintla en el cual estableció que los 4 rebaños muestreados presentaban una prevalencia de tuberculosis del 0%.

García (2008), determina la prevalencia de tuberculosis en hatos de cabras del departamento de Chimaltenango, resultando en un 4% de animales reactivos a la prueba de tuberculina en un rebaño, de los cuales no se pudo confirmar su positividad, y una prevalencia del 0% para el rebaño no. 2.

Carpio (2011), realizó un estudio sobre la determinación de tuberculosis en cabras estabuladas del Proyecto Maya en el área de Ixil del departamento de Quiché, en el que determinó una prevalencia del 0% para dicha enfermedad.

Pérez (2011), determina la prevalencia de tuberculosis en cabras del Proyecto Maya del área de Uspantán del departamento de Quiché, en el cual ninguna de las cabras es reactiva a la prueba de tuberculina resultando en una prevalencia del 0%.

Reyes (2022), determinó que la prevalencia de tuberculosis en cabras del municipio de Mixco, Guatemala es del 1.92%, en el cual solo 1 ejemplar de 52 individuos fue reactivo a la prueba.

4.1.7. Salud Pública

Tal y como se ha mencionado anteriormente, el complejo de *M. tuberculosis* (*M. bovis* y *M. caprae*) puede ocasionar los mismos síntomas en personas que la forma más común de tuberculosis y es muy difícil diferenciarla. La OMSA (2021) afirma:

“*M. tuberculosis* es la bacteria responsable de la forma más común de la TB en las personas. Sin embargo, no es posible diferenciar clínicamente las infecciones provocadas por *M. tuberculosis* de aquellas causadas por *M.*

bovis, que se calcula que en ciertos países causa hasta un 10 % de los casos de tuberculosis humana. El diagnóstico se puede complicar aún más por la tendencia de las infecciones por *M. bovis* a situarse en tejidos distintos de los pulmones (es decir, infección extrapulmonar) y al hecho de que *M. bovis* es naturalmente resistente a uno de los antimicrobianos que se utiliza comúnmente para tratar la tuberculosis humana, la pirazinamida”.

Por lo tanto, el peligro en salud pública no solo radica en pérdidas económicas en granjas, sino en la dificultad para tratar la enfermedad en humanos y su hábil exposición en lugares donde no hay procesos de tratamiento de productos lácteos.

En cuanto a los signos en humanos los síntomas de la enfermedad de tuberculosis causada por *M. bovis* son similares a los de la tuberculosis provocada por *M. tuberculosis*; pueden incluir fiebre, sudores nocturnos y pérdida de peso, también se pueden presentar otros síntomas dependiendo de la parte del cuerpo afectada por la enfermedad como en el caso de la enfermedad en los pulmones se puede asociar con una tos y la enfermedad gastrointestinal puede causar dolor abdominal y diarrea (CDC, 2013).

4.2. Brucelosis

La Brucelosis caprina es una enfermedad infecto-contagiosa, crónica producida por *Brucella melitensis*, bacteria que fue aislada por primera vez en 1887 por Bruce a partir de muestras de bazo de soldados enfermos en la isla Malta (Robles, 2009).

4.2.1. Etiología

El agente causal de la enfermedad es *Brucella melitensis*, una bacteria coco bacilo pequeño gram negativo del cual se conocen 3 biotipos (1, 2 y 3). Esta bacteria tiene la habilidad de multiplicarse dentro de las células fagocitarias del huésped, la cual se debe a la estructura de la bacteria que cuenta con una compleja envoltura

celular compuesta por un espacio periplasmático y una membrana externa, además de la membrana citoplasmática que es común en las bacterias gram negativas (Robles, 2009).

4.2.2. Patogenia

La infección primaria sucede con la forma de transmisión. En los animales, *B. melitensis* se suele transmitir por contacto con la placenta, el feto, los líquidos fetales y las descargas vaginales de los animales infectados. Los pequeños rumiantes son contagiosos después de un aborto o parto a término según lo indica el Centro de Seguridad Alimentaria y Salud Pública de la Universidad de Iowa (CFSPH, 2009).

Según Robles (2009), la patogénesis se puede clasificar en 4 etapas, iniciando por el ingreso del agente al organismo o infección primaria la cual consiste al ingreso de *B. melitensis* a través de membranas mucosas que le permite llegar a la submucosa donde entra en contacto con el sistema inmune, generando una reacción inflamatoria aguda donde puede ser controlada por el organismo o llegar a la segunda etapa.

La segunda etapa que menciona Robles (2009), es la localización primaria o infección de ganglios linfáticos locales, que se caracteriza por la evasión del sistema inmune por medio del drenaje linfático hasta su llegada a los ganglios linfáticos de la región, principalmente los ganglios del cuello y la cabeza, entre 4-10 días post infección, estos aparecerán aumentados de tamaño por la hiperplasia linfoidea y retículo endotelial y a la infiltración de células inflamatorias.

La siguiente etapa se caracteriza por una bacteriemia o fase de dispersión, que consiste en la persistencia de la infección y la posibilidad de que las bacterias escapen del ganglio, infiltrándose a la sangre y dispersándose por todo el organismo provocando la bacteriemia, además de tener la capacidad de vivir dentro de los leucocitos y utilizar los neutrófilos y macrófagos para su protección de los

anticuerpos humorales y de mecanismos celulares de acción bactericida (Robles, 2009).

Por último, se encuentra la localización secundaria o infección del sistema genital en la cual, luego de 15 días post infección, la bacteria se aísla en el bazo y luego de 22-29 días, se aísla en los ganglios linfáticos distales, ubre y útero gestante provocando su signo típico, el aborto, y en el caso de los machos se aísla en ganglios linfáticos, testículos, epidídimo, y glándulas sexuales accesorias (Robles, 2009).

4.2.3. Signos clínicos en pequeños rumiantes

Aunque pueden variar los signos en las diferentes especies, CFSPH (2009), afirma:

“Los síntomas predominantes en las ovejas y las cabras infectadas de manera natural son los abortos, las muertes fetales y el nacimiento de crías débiles. Los animales que abortan pueden retener la placenta. Por lo general, las ovejas y cabras abortan una sola vez, pero en preñeces posteriores se puede producir una nueva invasión del útero con excreción de los microorganismos. Algunos animales infectados pueden tener un parto a término, y aun así excretar el organismo. Se nota una reducción significativa en la producción de leche de los animales que abortan, y de los animales con ubres infectadas después de una parición normal. Sin embargo, los signos clínicos de la mastitis son poco frecuentes”.

Otros autores brindan datos más exactos como Robles (2009) que indica que el aborto en cabras preñadas se produce entre 3 y 4 semanas luego de ser infectadas y pueden expulsar a la bacteria hasta 2 o 3 meses después de haberse producido el aborto o bien el parto.

4.2.4. Diagnóstico

Existen varios métodos para el diagnóstico de la enfermedad de brucelosis en cabras y según CFSPH (2009) afirma que las más comunes son las pruebas del antígeno brucelar tamponado como las pruebas de aglutinación de rosa de Bengala (RB) en placa y en tarjeta; y la prueba de fijación del complemento. También se emplean los ensayos indirectos o competitivos con sustancias inmunoabsorbentes ligadas a enzimas (ELISA).

Como referencia para el diagnóstico de brucelosis en los programas nacionales o locales, la OMSA (2018b) presenta un manual para procedimientos de diagnóstico en el que indica que la prueba de aglutinación en placa con antígeno tamponado (BPAT), ELISA y la FPA (prueba de polarización de la fluorescencia) se consideran pruebas de criterio adecuadas, y tal fuera el caso de obtener reacciones positivas debe comprobarse de nuevo utilizando métodos confirmatorios y complementarios.

Por otro lado, se encuentran las pruebas de sero-aglutinación lenta en tubo (SAT/2-ME) que detectan la presencia de los anticuerpos IgM e IgG, esta prueba se utiliza como evidencia presuntiva de la presencia de anticuerpos de la clase IgG (Nicola, Elena, & Franco, 2019).

4.2.4.1. Prueba del Rosa de bengala

Es una prueba prescrita para el comercio nacional, consiste en una prueba sencilla de aglutinación puntual que utiliza antígeno coloreado con rosa de bengala y tamponado a pH bajo entre 3.65 ± 0.05 (OMSA, 2018b).

Es una prueba sensible, pero puede originar reacciones positivas debido a la vacunación con la cepa Rev. 1 de *B. melitensis* o a reacciones serológicas positivas falsas (FPSR), debido a esto es necesario que, en las pruebas positivas, se

confirman mediante pruebas confirmatorias y/o complementarios incluyendo la respectiva confirmación epidemiológica (OMSA, 2018b).

Según lo indica Ortiz y Acosta (2014), este es un procedimiento cualitativo de ejecución y observación rápida de macro aglutinación en la cual puede dar un reacción positiva antes de que las pruebas estándar de seroaglutinación hayan alcanzado los títulos correspondientes a clasificación de reaccionante positivo, debido a los niveles adecuados de IgG que reaccionan con el antígeno tamponado antes que la totalidad de anticuerpos (IgM o IgG2) logren títulos referenciales como diagnóstico en otros métodos, inclusive en animales vacunados y no interfiere en el diagnóstico.

Sin embargo, se puede encontrar falsos negativos en animales con pocos días de evolución, así como en casos con enfermedad de curso crónico (Ortiz & Acosta, 2014).

4.2.4.2. Pruebas Confirmatorias

4.2.4.2.1. ELISA Indirecto

Este tipo de prueba es una de las prescritas para el comercio internacional (OMSA, 2018b) y es una prueba en el cual los antígenos capturan a los anticuerpos y la reacción se evidencia por el conjugado anti-inmunoglobulina-enzima, o proteína A-enzima por lo que la cantidad de enzima enlazada indica la cantidad de anticuerpos en el suero y puede ser medida por la degradación de su substrato (Ochoa, 2012).

Existen variaciones en ELISA indirecto dependiendo de la especie animal que se desea muestrear, las diferentes preparaciones antigénicas, diferentes conjugados de antiglobulinas con enzimas, y varios sustratos o cromógenos (OMSA, 2018b). Debe tenerse en cuenta que su correlación con los ensayos in vivo se afecta cuando la concentración de anticuerpos es baja, ya que el ELISA indirecto tiende a sobrestimar los sueros de bajos títulos, probablemente esto se deba a la

presencia de inmunoglobulinas inespecíficas o anticuerpos de baja afinidad. Este método es el de elección para detectar anticuerpos de clase IgG o IgA (Ochoa, 2012).

En relación con la producción y utilización de los antígenos, la OMSA (2018b) indica:

“Para la producción de estos antígenos debe utilizarse la cepa 99 de *Brucella abortus* (Weybridge) (S99)³, la cepa 1119-3 (USDA) (S1119-3)⁴ de *B. abortus* o bien la cepa 16M de *B. melitensis*. Se dispone de varios I-ELISA comerciales en los que se utiliza célula entera, lipopolisacárido liso (sLPS) u O-polisacárido (OPS) como antígenos que han sido validados en extensos ensayos de campo, y se utilizan mucho”.

En cuanto a la utilización de los I-ELISA comerciales como sLPS u OPS, la OMSA (2018b) indica que a pesar de que son antígenos muy sensibles para la detección de anticuerpos en bovinos y pequeños rumiantes, no permite diferenciar respecto a los anticuerpos originados por la vacunación S19 de *B. abortus* o con Rev. 1 de *B. melitensis*.

La forma de desarrollo de la prueba de ELISA indirecto consiste en incluir un control positivo y un negativo, deben establecerse los intervalos de densidad óptica DO que deben obtenerse de estos controles mencionados, esto con el objetivo de definir los criterios para validar los resultados de cada placa, y adicional a esto debe incluirse un suero positivo como control interno, para validar la repetibilidad de la prueba entre placas y entre días (OMSA, 2018b).

4.2.4.2.2. ELISA de competición

En los ensayos competitivos, los anticuerpos o los antígenos son inmovilizados sobre la fase sólida y su unión con el conjugado antígeno-enzima o anticuerpo-enzima, es inhibida por la presencia de analito no marcado en la muestra (Ochoa, 2012).

Las incubaciones entre muestras y conjugados pueden ser simultáneas o secuenciales, esta última variante no es estrictamente competitiva, con ella se alcanza una mayor detectabilidad y es recomendada cuando se quieren detectar anticuerpos de baja afinidad (Ochoa, 2012).

En general, la sensibilidad y detectabilidad de estos ensayos es inferior a otros ELISAs (Ochoa, 2012). Para pequeños rumiantes se han descrito distintas variaciones de C-ELISA, en las que se usan como antígeno S-LPS u OPS, e incluyen distintos conjugados antiglobulina-enzima, sustratos o cromógenos y antígenos preparados a partir de cepas lisas de *Brucella* (OMSA, 2018b).

En cuanto a la especificidad, la OMSA (2018b) argumenta que se ha comprobado que, en ganado bovino, ovejas y cerdos, el C-ELISA en el que se usa un anticuerpo monoclonal (MAb) específico de uno de los epítomos del OPS de *Brucella sp.* suele tener más especificidad, pero menos sensibilidad que BBAT o I-ELISA, además el C-ELISA reduce, aunque no del todo, las reacciones causadas por anticuerpos producidos en respuesta a la vacunación.

4.2.5. Control y Prevención

Para el control de enfermedad existen varios métodos que pueden implementarse. Robles (2009) sugiere:

1. Incrementar rápidamente la inmunidad de la población por medio de vacunas.
2. Establecer un sistema de detección de los animales infectados con aparte y/o descarte de los mismos.
3. Implementar medidas de manejo y de higiene a fin de disminuir la cantidad de bacterias en el medio ambiente y evitar que los animales tomen contacto con las mismas.
4. Mantener en forma estable la producción y economía del establecimiento.

Según CFSPH (2009) el microorganismo puede ser controlado de varias maneras, este puede ser eliminado por medio de prueba y eliminación del rebaño, aún si implica eliminar también a los perros pastores o tratarlos con antibióticos; tomar medidas de limpieza y desinfección; utilización de la vacuna Rev. 1 de 3 a 6 meses de edad para evitar la interferencia con las pruebas serológicas; control de sitios de parición para evitar diseminación y contaminación; y el uso de desinfectantes.

Existen dos vacunas que inmunizan al ganado cabrío contra la brucelosis: la REV-1 y la H-38, la REV-1 es una vacuna viva atenuada de *Brucela melitensis*, obtenida a partir de una cepa mutante, es muy eficaz; basta una sola aplicación para proteger a una cabra para el resto de su vida, pero tiene el inconveniente de que aplicada a los machos puede producir orquitis y disminución de la fertilidad; y en cabras adultas, puede provocar el aborto, si están preñadas, o hacer que eliminen brucelas por la leche, si están lactando, con el consiguiente riesgo para el hombre, por las que se debe emplear la vacuna REV-1 sólo en hembras jóvenes de tres a siete meses de edad (García, 1979).

En cuanto a la H-38 es una vacuna muerta obtenida de una cepa hipervirulenta de *Brucella melitensis* que se inactiva con formol, lo cual al ser una vacuna muerta garantiza su inocuidad, incluso en hembras gestantes, pero puede originar aglutininas persistentes que enmascaran los diagnósticos serológicos (García, 1979).

Terapéuticamente hablando es necesario administrar una gran cantidad de antibióticos como terramicina y estreptomycin durante largos periodos de tiempo, no garantizando la completa recuperación del animal, además de las pérdidas económicas (García, 1979).

4.2.6. Epidemiología de brucelosis en cabras en Guatemala

García (2008), en su estudio sobre la prevalencia de brucelosis en el departamento de Chimaltenango, determinó que la prevalencia era del 0% utilizando como prueba confirmatoria el método Rosa de bengala.

Pérez (2011), indica que la seroprevalencia de brucelosis en cabras de Proyecto Maya de Seguridad Alimentaria (PROMASA II) en el área de Uspantán, Quiché, es del 0%, se utilizó la prueba de *Card Test* o Rosa de bengala.

Carpio (2011), realizó un estudio indicando que la seroprevalencia de brucelosis en el Proyecto Maya de Seguridad Alimentaria en el área de Ixil, Quiché, es del 0%, se muestreo un total de 81 cabras.

Tiu (2019), determino la seroprevalencia de brucelosis en cabras de PAISANO de Quetzaltenango, en el cual observó 4 muestras de suero de 49, aglutinar en la prueba de Rosa de bengala dando una seroprevalencia del 8.16%.

Reyes (2022), determino que la seroprevalencia de Brucelosis de un rebaño del municipio de Mixco, del departamento de Guatemala es del 0%, muestreando un total de 52 individuos.

4.2.7. Salud Pública

La brucelosis caprina aparece en la Lista B de la Antigua Clasificación de Enfermedades de Declaración Obligatoria a la OIE y esta figura en Código Sanitario para los Animales Terrestres de la OIE (OMSA, 2021b).

En los humanos puede encontrarse diferentes cuadros clínicos, estos son descritos por CFSPH (2009), como casos asintomáticos y sintomáticos, en esta última los signos pueden aparecer de forma insidiosa o súbita.

La brucelosis comienza como un estado febril agudo con síntomas inespecíficos similares a los de la gripe, tales como fiebre, dolor de cabeza, malestar, dolor de espalda, mialgia y dolores generalizados. Se puede producir sudoración excesiva,

especialmente de noche. Mientras que algunos pacientes se recuperan espontáneamente, otros desarrollan síntomas persistentes que generalmente aumentan y se debilitan (CFSPH, 2009). En caso de complicaciones se puede observar otros síntomas como artritis, endocarditis y signos neurológicos como encefalitis y meningitis, incluso la postración del individuo (Robles, 2009).

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Materiales

5.1.1. Universo

Hatos de cabras que se encuentran en el departamento de Guatemala, en el municipio de Palencia y Villa Nueva, los cuales distribuyen leche y subproductos a zonas capitalinas sin el uso de tratamientos térmicos.

5.1.2. Recursos humanos

- Estudiante tesista
- Asesores de tesis

5.1.3. Recursos de campo

- Computadora
- Internet
- Microsoft Office
- Boleta de identificación
- Ficha de resultados
- Jeringas de 1 ml
- Agujas Vacutainer
- Tubos Vacutainer sin anticoagulante de 5 ml
- Adaptador para Vacutainer
- Hielera
- Hielo en gel
- Guantes
- Algodón

- Alcohol
- Vehículo
- Celular móvil para fotografías.

5.1.4. Recursos biológicos

- Derivado Proteico Purificado Bovino
- Antígeno para prueba de Rosa de Bengala
- Cabras
- Sueros

5.2. Metodología

5.2.1. Palencia:

Es un municipio de Guatemala, se ubica en la región metropolitana de la República de Guatemala, su extensión es aproximadamente de 256 km² y se encuentra a 27 kms. de distancia de la cabecera departamental de Guatemala (Municipalidad de Palencia, 2022).

El XII Censo Nacional de Población y VII de Vivienda del 2018 distribuye a la población en 34,608 hombres y 36,365 mujeres haciendo un total de 70,973 personas (Municipalidad de Palencia, 2022).

El área donde se realizó el estudio es en aldea Los Mixcos ubicada en latitud 14°38'11 norte y longitud 90°22'24 oeste (Código Postal, 2022a), la cual tiene condiciones climáticas características del municipio de Palencia, la temperatura generalmente varía de 14 °C a 28 °C y rara vez baja a menos de 12 °C o sube a más de 30 °C, la humedad relativa más alta es en septiembre con 90% y el más bajo es en marzo con un 69%, en cuanto a la precipitación el mes más húmedo es

en mayo con 285 mm y el mes más seco es en enero con 7 mm (Weather Atlas, 2022a). Además, el área donde se trabajó cuenta con cabras, yeguas, vacas, perros y gatos.

Mapa del Municipio de Palencia



Figura 1: Mapa del Municipio de Palencia en Departamento de Guatemala (Valladares, 2017a)

5.2.2. Villa Nueva

Está situado a 17 kilómetros al sur-occidente de la capital, su extensión territorial es de 114 kilómetros cuadrados. Se estima que su población oscila entre 800 mil y 1 millón de personas (Municipalidad de Villa Nueva, 2022a).

El área en el que se trabajó es en la aldea de Bárcenas, ubicada en latitud 14°32'43 norte y longitud 90°37'09 oeste (Código Postal, 2022b), las condiciones meteorológicas de Bárcenas, son similares a los del municipio de Villa Nueva, teniendo una temperatura que oscila entre 11.8°C a 27.3°C siendo abril el mes más caluroso y octubre el más frío, en cuanto a la humedad relativa el mes de septiembre es el más húmedo con un porcentaje de 90% y en marzo el menos húmedo con 69%, oscilante entre ambos valores para el resto de meses; la precipitación promedio es de 138 mm, siendo el mes de mayo el de mayor precipitación (Weather Atlas, 2022b). Además, en la zona que se trabajó, hay población de cabras, perros, gatos y vacas.

Mapa de Villa Nueva



Figura 2: Municipio de Villa Nueva en el Departamento de Guatemala (Valladares, 2017b)

5.2.3. Diseño de estudio

Tipo descriptivo de tipo observacional.

5.2.4. Obtención de muestra y diagnóstico

Se realizó un sondeo previo y se detectaron 2 hatos de cabras de dos municipios de Guatemala, del cual se ha reportado de Palencia en el área de “Los mixcos” 16 ejemplares y 7 de la aldea de “Bárceñas” del municipio de Villa Nueva. Los cuales mostraron su consentimiento para realizar el estudio.

La población por muestrear se obtendrá a partir de la formula:

$$n = \frac{z^2 pqN}{e^2 (N - 1) + z^2 pq}$$

Donde:

n = Población a muestrear

z = Confianza, se utilizará el 99% (2.58)

p = Prevalencia estimada (50%)

q = Complemento de p (50%)

N = Número total de individuos (16 para Palencia y 7 para Villa Nueva)

e = error estadístico (1%)

Se utilizó una prevalencia del 50% tomando en cuenta que es un estudio cualitativo en el cual los estudios anteriores no representan una base de información que presenten las mismas condiciones o poblaciones similares para poder ser comparados con el presente estudio, por lo que al no tener una referencia Aguilar (2005) indica que se debe asignar la máxima probabilidad con que se puede presentar la variable en cuestión, esta sería del 50%, la cual es la misma utilizada por Vergara y Delgado (2011) en un estudio de prevalencia similar a este.

Para el hato de cabras de Los Mixcos, Palencia se obtuvo:

$$n = \frac{z^2 pqN}{e^2 (N - 1) + z^2 pq} = \frac{2.58^2 * 0.5 * 0.5 * 16}{(0.001^2 * 15) + (2.58^2 * 0.5 * 0.5)} = \frac{26.62}{1.66} = 16$$

Para el hato de cabras de Bárcenas, Villa Nueva se obtuvo:

$$n = \frac{z^2 pqN}{e^2 (N - 1) + z^2 pq} = \frac{2.58^2 * 0.5 * 0.5 * 7}{(0.001^2 * 6) + (2.58^2 * 0.5 * 0.5)} = \frac{11.64}{1.66} = 7$$

5.2.5. Metodología para diagnóstico de tuberculosis

Para el diagnóstico de tuberculosis se realizó la prueba de tuberculina en el pliegue ano-caudal interno de lado izquierdo, inoculando 0.1 ml (3000 UI/dosis) de Derivado proteico purificado bovino en cada ejemplar. Luego de 72 horas se realizó la medición para determinar la reacción inflamatoria donde se consideró:

- Positivo: si la reacción mide 5 mm o mayor. La cual se confirmará diagnóstico aplicando la tuberculina a nivel cervical.
- Sospechoso: 3 mm
- Negativo: menos de 3 mm.

5.2.6. Metodología para diagnóstico de brucelosis

Se tomó una muestra de sangre de la yugular externa de cada ejemplar, extrayendo 5 ml de sangre a un tubo sin anticoagulante con el objetivo que se forme un coagulo de sangre y se separe el suero sanguíneo, el cual contendrá los posibles

anticuerpos de *Brucella sp.* Esta muestra sanguínea se dejó en una posición de 45° en sombra y se colocó posteriormente a una hielera para conservar la muestra durante el traslado al laboratorio.

Para el diagnóstico de brucelosis se realizó la prueba de aglutinación con antígeno tamponado utilizando el método de Rosa de Bengala. En el Laboratorio Nacional de Sanidad Animal ubicado en Bárcenas, se procedió a centrifugar las muestras a 1,500 rpm por 3-5 minutos, luego con una micropipeta se extrajo 0.3 ml de cada suero y se colocaron en los recuadros de la placa de vidrio, la cual se encuentra dividida en 10 columnas y 4 filas, luego se añadió 0.3 ml de antígeno de Rosa de Bengala *B. abortus* al 3% el cual se mezcló con las muestras de suero y se observó la reacción:

- Sospechoso: los sueros que aglutinen se les confirmará mediante un ELISA indirecto en el mismo Laboratorio.
- Negativo: los sueros que no aglutinen.

5.2.7. Análisis de datos

Los resultados se analizaron con la fórmula de prevalencia para determinar el porcentaje de animales positivos la cual es:

$$P = \frac{\text{numero de animales positivos}}{\text{Total de animales muestreados}} * 100$$

Así mismo se usarán cuadros y figuras para explicar de mejor manera los resultados.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Para la obtención de muestra del hato de Los Mixcos, Palencia, se obtuvo un total de 16 ejemplares a muestrear de los cuales 14 fueron hembras y 2 machos. Las 14 hembras estaban en producción y habían tenido cría 30 días antes del muestreo. Las crías no fueron muestreadas debido a que la edad no cumplía con los requerimientos. La edad máxima era a partir de 4 meses de edad según lo indica el Comité Estatal de Fomento y Protección Pecuaria (CEFPP, 2011) para la enfermedad de brucelosis caprina y para la tuberculosis es de 2 meses de edad según Vergara y Delgado (2011) en un estudio similar realizado en Barranca, Perú.

Para la obtención de muestra del hato de Bárcenas, Villa Nueva, se obtuvo un total de 7 ejemplares a muestrear de los cuales 5 fueron hembras y 2 fueron machos. De las 5 hembras, 4 estaban en producción y 1 estaba gestante. Todos los ejemplares eran mayores a 12 meses por lo que no hubo restricciones para el muestreo.

Los resultados fueron los siguientes:

Palencia: luego de 72 horas de inoculada la PPD bovina en el pliegue ano-caudal derecho, no se presentó ninguna reacción mayor a 3 mm, por lo que se consideraron negativas a la prueba, es decir una prevalencia del 0%.

En cuanto a la prueba de *Card Test* o Rosa de Bengala, no se presentó aglutinación en ninguno de los sueros muestreados, dando así una seroprevalencia del 0%.

Villa Nueva: luego de 72 horas de inoculada la PPD bovina en el pliegue ano-caudal derecho, no se presentó ninguna reacción mayor a 3 mm, por lo que la prevalencia es del 0%.

En cuanto a la prueba de *Card Test* o Rosa de Bengala, no se presentó aglutinación en ninguno de los sueros muestreados, por lo que la seroprevalencia es del 0%.

LUGAR	PREVALENCIA	
	Tuberculosis	<i>Brucella sp.</i>
Palencia	0%	0%
Villa Nueva	0%	0%

Cuadro 4: Resultados de Prevalencia de Tuberculosis y Brucelosis. Elaboración propia (2023)

La prevalencia del 0% de tuberculosis en los hatos muestreados de los dos municipios de Guatemala coincide con Valdiviezo (2000), Carpio (2011) y Pérez (2011), pero no coincide con García (2008) que determinó que uno de los hatos muestreados en el departamento de Chimaltenango tenía una prevalencia del 4%; y con Reyes (2022) el cual el hato muestreado en el municipio de Mixco, Guatemala tenía una prevalencia del 1.92%.

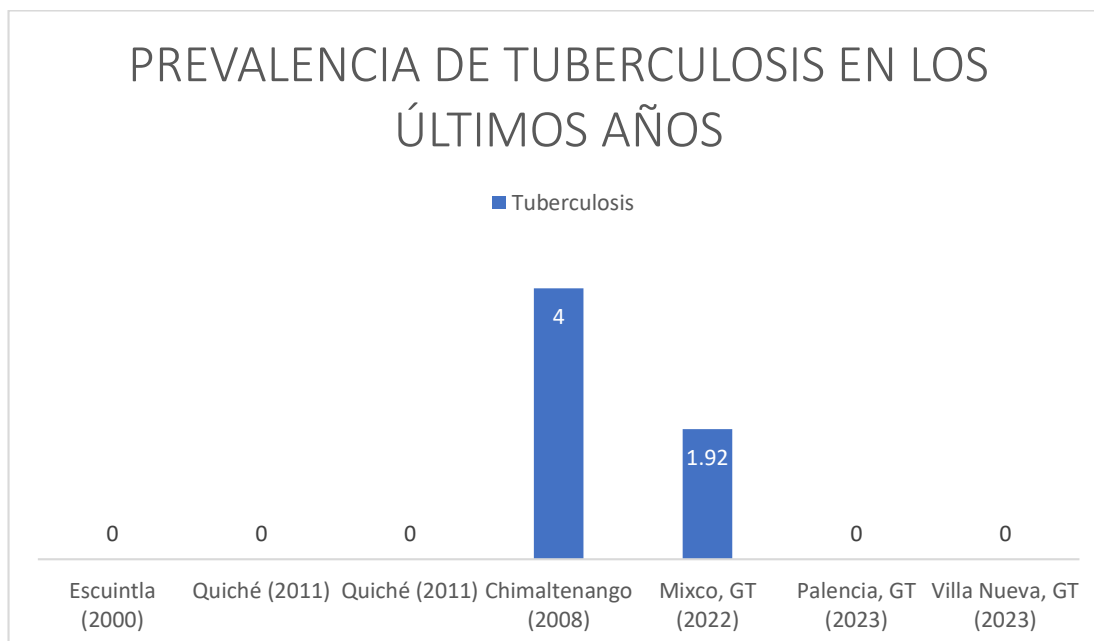


Figura 3: Prevalencia de Tuberculosis. Elaboración propia (2023)

Las variaciones entre los estudios pueden sugerir diferencias en los métodos que utilizan los productores para proteger a sus cabras, considerando que tanto los hatos de Palencia y Villa Nueva se encontraban con otras especies animales, también se encontraban dentro de corrales aislados donde solo podían estar los ejemplares y se restringía el paso a las demás especies animales, por lo que según Cárdenas (2019) si las otras especies animales estuvieran infectadas, la posibilidad de que pudieran contraer la enfermedad por medio de la forma más común de transmisión, la cual es inhalación de aereosoles, es baja debido a que no hay contacto directo con estas especies.

Así mismo puede haber un riesgo de infección por medio de ingestión pero para ello se necesitaria dosis infectivas altas de millones de micobacterias para producir la enfermedad o bien que las cabras pastoreen en los mismos pastos en donde pastorearon otros animales infectados en donde las micobacterias pueden sobrevivir una vez las heces hayan sido disgregadas y luego ser inhaladas por cabras sanas (Cárdenas, 2019). Es ese sentido sería un punto de control de parte de sus cuidadores vigilar y acompañar a sus cabras en las horas de pastoreo, además de tener un control anual de la enfermedad de las otras especies que cohabitan con las cabras para minimizar el riesgo de infección.

En condiciones de campo, las fuentes de agua estancada que están contaminadas pueden causar la infección hasta 18 días después de su uso por un animal tuberculoso, mientras que las fuentes de agua corriente no representan una fuente de infección para los animales (Cárdenas, 2019). Tomando en cuenta esto, la aldea de Los Mixcos, Palencia cuenta con el Río los Ocotes, que es donde cruzan las cabras para dirigirse a la carretera de Llano Largo y zona 25 de la capital, por lo que es un arroyo con corriente de agua limpia, lo que no representa un riesgo de infección para los animales, y para el hato que se encuentra en la aldea de Bárcenas cuenta con una fuente de agua potable.

En cuanto a la brucelosis, la seroprevalencia del 0% en ambos municipios coincide con el estudio de García (2008), Pérez (2011), Carpio (2011) y Reyes (2022), pero no coincide con el estudio de Tiu (2019) en donde se determinó que la seroprevalencia de las cabras de PAISANO en Quetzaltenango era del 8.16%.

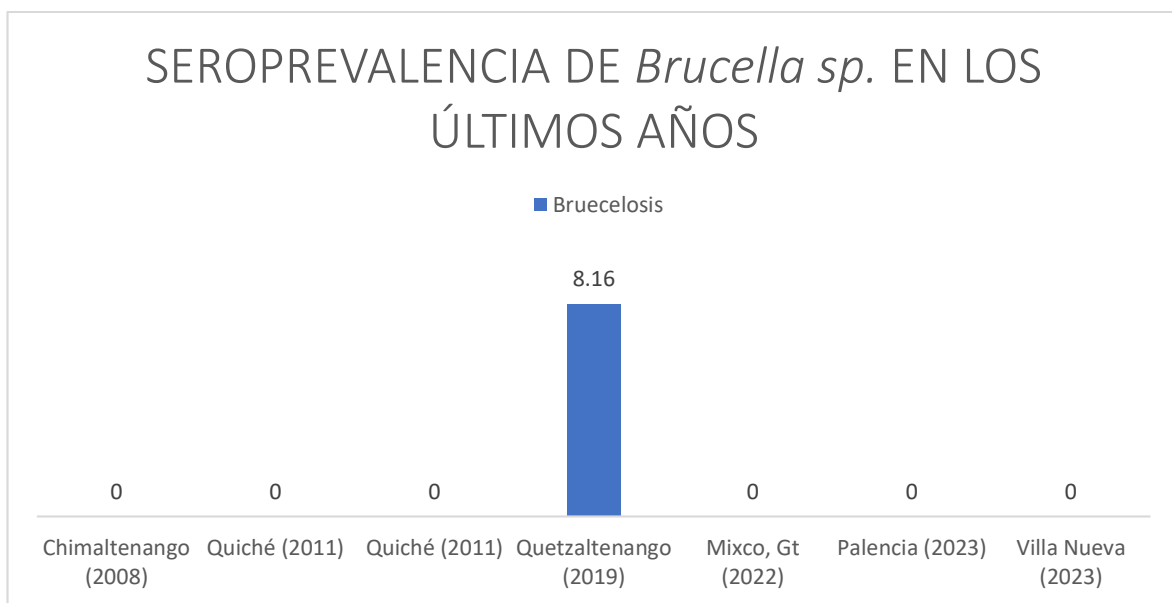


Figura 4: Prevalencia de *Brucella sp.* Elaboración propia (2023)

La infección natural de brucelosis se produce cuando se ponen en contacto los animales sanos con alguna sustancia contaminada por brucelas después de parir o abortar una cabra enferma de brucelosis, se produce una contaminación masiva del medio ambiente por difusión de infinidad de gérmenes patógenos que se encuentran en las cubiertas fetales, líquido amniótico y feto, así como la leche, la orina y las heces de estos animales también contaminan la cabreriza, las camas, los piensos y los forraje (García, 1979). Considerando que los caprinos en ambos casos son animales que se encuentran en corrales perimetrales que los separan de la fauna feral y de las demás especies animales, es comprensible la razón por la cual no han estado expuestas a la enfermedad, y al ser hatos negativos, no es posible que puedan contagiarse entre ellas, por tal razón el riesgo de infección es mínimo.

Es posible que cuando se introduzcan nuevos ejemplares, el cual es una práctica común intercambiarlos o venderlos, estos ingresen infectados, y puedan representar un riesgo para el resto de hato, en ese escenario, el cabrero debe mantener su control de diagnóstico de cada ejemplar para evitar la propagación de la enfermedad y estar atento a los síntomas que puedan presentarse.

Según los avances del Programa de Brucelosis y Tuberculosis Bovina de MAGA indica que en 2010 se realizó un muestreo de 19,733 animales de los cuales solo 385 animales fueron positivos a Brucelosis y 20 a tuberculosis, manteniendo una prevalencia parcial de 1.95 para Brucelosis y 0.10 para Tuberculosis durante el año 2010 (MAGA, s.f.). Esta prevalencia tan baja a nivel nacional podría explicar la nula prevalencia de ambas enfermedades del presente estudio, aun así este programa esta mayormente enfocado en bovinos por lo que aún es necesario la generación de información de ambas enfermedades en pequeños rumiantes, en especial en pequeños rebaños ambulantes debido a que uno de los eslabones que arriesgan el crecimiento del sector caprino es la insuficiente información estadística y base de datos del sector caprino para el propósito de planificación (Agrocadena Caprina de Guatemala, 2019).

Aún con prevalencia del 0% de brucelosis y tuberculosis en ambos casos de este estudio, la Agrocadena Caprina de Guatemala (2019) sugiere que la demanda del sector caprino está en crecimiento y es necesaria una normativa que defina los parámetros que se deben cumplir para producir en forma sostenible la producción caprina; que permitan la inocuidad del producto y la sanidad del hato, la manipulación, el transporte, el almacenaje, la distribución y los subproductos que se elaboren a través de la transformación de la leche. El Programa de Brucelosis y Tuberculosis Bovina permite a los pequeños productores que tengan menos de 30 animales realizar sin ningún costo las pruebas de laboratorio provenientes de la extracción de una muestra de sangre de animales mayores de 6 meses para

detección de Brucelosis y la tuberculinización para diagnóstico de Tuberculosis (MAGA, s.f.).

VII. CONCLUSIONES

- La prevalencia de tuberculosis obtenida en un rebaño de cabras ambulantes de la aldea de Los Mixcos, Palencia es del 0%.
- La prevalencia de tuberculosis obtenida en un rebaño de cabras ambulantes de la aldea de Bárcenas, Villa Nueva es del 0%.
- La prevalencia de *Brucella sp.* obtenida en un rebaño de cabras ambulantes de la aldea de Los Mixcos, Palencia es del 0%.
- La prevalencia de *Brucella sp.* obtenida en un rebaño de cabras ambulantes de la aldea de Bárcenas, Villa Nueva es del 0%.
- La nula prevalencia de ambas enfermedades en cabras podría deberse a la baja prevalencia de las enfermedades a nivel nacional y al escaso contacto directo que los ejemplares tenían con otras especies animales.

VIII. RECOMENDACIONES

- Se recomienda a futuros colegas interesados en el tema generar información en diferentes áreas del país para crear una base de datos confiable sobre el estado sanitario de cabras ambulantes o de pequeñas producciones.
- Realizar pruebas diagnósticas por lo menos cada 6 a 12 meses para mantener un control de las enfermedades con la colaboración del MAGA por medio del Programa de Control de Brucelosis y Tuberculosis.
- Informar y concienciar a los cabreros, con la ayuda de sociólogos, sobre los beneficios de mantener dichas enfermedades bajo control para evitar su propagación entre especies y el ser humano.
- Informar a los cabreros sobre posibles síntomas en seres humanos, para que puedan estar atentos y buscar asistencia médica si fuera necesario.
- Si ingresa un animal nuevo, este debe permanecer en cuarentena y posterior realizar sus respectivas pruebas diagnósticas para evitar la diseminación de cualquier enfermedad.
- Se recomienda a la Agrocadena Caprina de Guatemala, al Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación, y toda institución pública o privada que publique resultados e información actualizada relacionada con el tema en Guatemala.

IX. RESUMEN

El presente trabajo de investigación se realizó en dos rebaños de cabras lecheras ambulantes de dos municipios del departamento de Guatemala, Palencia y Villa Nueva respectivamente, con el objetivo de determinar la prevalencia de la enfermedad de brucelosis, utilizando la prueba de Rosa de Bengala, y tuberculosis mediante la prueba de intradermotuberculinización (IDTB) utilizando un derivado proteico purificado bovino (PPD) en el pliegue ano-caudal.

Se muestreo 16 ejemplares para el municipio de Palencia y 7 ejemplares para el municipio de Villa Nueva, en ambos rebaños en estudio se obtuvo una prevalencia del 0% para la enfermedad de tuberculosis coincidiendo con estudios de prevalencia de tuberculosis realizados en Escuintla y Quiché, pero difiere de un estudio realizado en Chimaltenango que arroja una prevalencia del 4% y de un estudio realizado en el municipio de Mixco, Guatemala en el cual se encontró una prevalencia del 1.92%. En cuanto a la brucelosis se obtuvo una prevalencia del 0% en ambos rebaños, coincidiendo con estudios realizados en Chimaltenango, Quiché y el municipio de Mixco, Guatemala, y difiere de un estudio realizado en Quetzaltenango recientemente, el cual se obtuvo una prevalencia del 8.16%.

SUMMARY

This research work was carried out in two herds of mobile dairy goats from two municipalities in the department of Guatemala, Palencia and Villa Nueva respectively, with the aim of determining the prevalence of brucellosis disease, using the Rose Bengal test, and tuberculosis by intradermal tuberculin test (IDTB) using a bovine purified protein derivative (PPD) in the anocaudal fold.

16 specimens were sampled for the municipality of Palencia and 7 specimens for the municipality of Villa Nueva, in both herds under study a prevalence of 0% was obtained for tuberculosis disease, coinciding with tuberculosis prevalence studies carried out in Escuintla and Quiché, but it differs from a study carried out in Chimaltenango that shows a prevalence of 4% and from a study carried out in the municipality of Mixco, Guatemala, in which a prevalence of 1.92% was found. Regarding brucellosis, a prevalence of 0% was obtained in both herds, coinciding with studies carried out in Chimaltenango, Quiché and the municipality of Mixco, Guatemala, and differs from a study carried out recently in Quetzaltenango, which obtained a prevalence of 8.16 %.

X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Agrocadena Caprina de Guatemala. (2019). Análisis y plan estratégico de la Agrocadena Caprina. En *Repositorio del Sistema Bibliotecario USAC*. Recuperado de <http://www.repositorio.usac.edu.gt/11754/1/AGROCADENA%20CAPRINA.pdf>
- Aguilar, S. (2005). Fórmulas para el cálculo de la muestra en investigaciones de salud. *Salud en Tabasco* 11(1-2), 333-338.
- Cárdenas, J. (2019). *Estrategias de control y eliminación de tuberculosis en ovinos y caprinos en el Perú* (Tesis de Licenciatura). Recuperado de https://cybertesis.unmsm.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12672/16600/Cardenas_aj.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Carpio, J. C. (2011). *Determinación de la presencia de brucelosis y tuberculosis en cabras estabuladas del Proyecto Maya de Seguridad Alimentaria en el área Ixil del Departamento de Quiché* (Tesis de Licenciatura). Recuperado de <http://www.repositorio.usac.edu.gt/2834/1/Tesis%20MV%20Juan%20C%20Carpio%20Nufio.pdf>
- CDC. (2013). *Mycobacterium bovis* (tuberculosis bovina) en seres humanos. En *Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades*. Recuperado de https://www.cdc.gov/tb/esp/publications/factsheets/pdf/M-bovis_Spanish_mcb.pdf
- CEFPP. (2011). Manual de Procedimientos de Campaña Nacional contra Brucelosis Bovina. En *Organismos de Sanidad e Inocuidad Agroalimentaria para el Productor*. Recuperado de <https://osiap.org.mx/senasica/sites/default/files/Brucelosis.-%20Manual%20de%20Procedimientos.pdf>
- CFSPH. (2009). Brucelosis Ovina y Caprina. En *The Center for Food Security & Public Health*. Recuperado de https://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/es/brucellosis_melitensis-es.pdf
- Código Postal. (2022a). Código Postal Aldea Los Mixcos en Palencia, Guatemala - Guatemala. En *Código Postal*. Recuperado de <https://codigo-postal.org/guatemala/guatemala/palencia/los-mixcos/>
- Código Postal. (2022b). Código Postal Aldea Barcenás en Villa Nueva, Guatemala - Guatemala. En *Código Postal*. Recuperado de <https://codigo-postal.org/guatemala/guatemala/villa-nueva/barcenás/>



- Errico, F. (1985). Guía Técnica de Métodos y Criterios de Interpretación de la Prueba Tuberculínica en Bovinos. *Veterinaria* 21(90), 15-18.
- Estrada, J., Cahuec, E., & Yat, M. (2019). Ubicación e identificación de animales afectados de Brucelosis y Tuberculosis en hatos lecheros del área central de Alta Verapaz, su efecto socioeconómico y medidas cuarentenas para su control. En *Instituto de Ciencia y Tecnología Agrícolas*. Recuperado de <https://www.icta.gob.gt/publicaciones/Informes%20Finales%20IICA-CRIA%202020/17%20BOVINOS%20NORTE/Bovinos-Brucelosis-CUNOR-J%20Estrada/Brucelosis.pdf>
- García, C. C. (2008). *Prevalencia de Tuberculosis, Brucelosis y Mastitis en hatos de cabras que se encuentran en la cabecera departamental de Chimaltenango* (Tesis de Licenciatura). Recuperado de <http://www.repositorio.usac.edu.gt/3424/1/Tesis%20Med%20Vet%20Carolina%20Garc%C3%ADa.pdf>
- García, R. M. (1979). La Brucelosis de las Cabras. En *Ministerio de Agricultura del Gobierno de España*. Recuperado de https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/hojas/hd_1979_04.pdf
- Garrido, J. B. (2011). *Tuberculosis Caprina: Estudio de la Respuesta Inmune y Aportaciones a su Diagnóstico* (Tesis doctoral). Recuperado de <https://www.visavet.es/data/tesis/tuberculosis-caprina-estudio-de-la-respuesta-inmune-y-aportaciones-a-su-diagnostico.pdf>
- MAGA. (2019). Manual de Vigilancia Epidemiológica para Enfermedades en Animales. En *Departamento de epidemiología y Análisis de Riesgo*. Recuperado de <https://visar.maga.gob.gt/visar/2019/20/Manualvig20.pdf>
- MAGA. (2021). ¿Que es el Control Progresivo de Brucelosis y Tuberculosis que Realiza el MAGA? En *Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación*. Recuperado de <https://visar.maga.gob.gt/?p=12186#:~:text=El%20Control%20progresivo%20de%20Brucelosis%20y%20Tuberculosis%20en%20Guatemala%2C%20es,enfermedades%20en%20el%20ganado%20bovino.>
- MAGA. (s.f.). Programa de Brucelosis y Tuberculosis Bovina. En *Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación*. Recuperado de https://visar.maga.gob.gt/?page_id=919
- Marín, J. F. (2010). Tuberculosis Caprina: Diagnóstico. *PR: Pequeños Rumiantes*, 11(3), 25-33.
- Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. (2022). Tuberculosis. En *Gobierno de España*. Recuperado2

- de https://www.mapa.gob.es/es/ganaderia/temas/sanidad-animal-higiene-ganadera/sanidad-animal/enfermedades/tuberculosis/Tuberculosis_bovina.aspx
- Municipalidad de Palencia. (2022). Información del Municipio. En *Muni Palencia*. Recuperado de: <http://munipalencia.gob.gt/index.php/2016/10/27/poblacion/>
- Municipalidad de Villa Nueva. (2022a). Monografía de Villa Nueva. En *Municipalidad de Villa Nueva*. Recuperado de <https://www.villanueva.gob.gt/monografia-de-villa-nueva-guatemala/>
- Municipalidad de Villa Nueva. (2022b). Ubicación geográfica. En *Municipalidad de Villa Nueva*. Recuperado de <https://www.villanueva.gob.gt/ubicacion-geografica-de-villa-nueva-guatemala/>
- Nicola, A. M., Elena, S., & Franco, C. (2019). Brucelosis Manual de Diagnóstico Serológico. En *SENASA*. Recuperado de https://www.argentina.gob.ar/sites/default/files/manual_tecnicas_serologicas-2019-v4_brucelosis.pdf
- Ochoa, R. F. (2012). Técnicas Inmunoenzimáticas para ensayos clínicos de Vacunas y Estudios Inmunoepidemiológicos. En *Organización Panamericana de la Salud*. Recuperado de <https://www.paho.org/cub/dmdocuments/PubFINLAY-LIBROTeclnImmunoParaEClinVacunas2012.pdf>
- OMS. (2022). Brucelosis. En *Organización Mundial de la Salud*: Recuperado de <https://www.who.int/es/news-room/fact-sheets/detail/brucellosis>
- OMSA. (2018a). Capítulo 3.4.6. TUBERCULOSIS BOVINA. En *Manual Terrestres de la OIE*. Recuperado de https://www.woah.org/fileadmin/Home/esp/Health_standards/tahm/3.04.06_BOVINE_TB.pdf
- OMSA. (2018b). Capítulo 3.1.4. Brucelosis (Brucella abortus, B. melitensis y B. suis). En *Manual de las Pruebas Diagnósticas y de las Vacunas para los Animales Terrestres 2021*: <https://www.oie.int/app/uploads/2021/03/3-01-04-brucell.pdf>
- OMSA. (2021a). Tuberculosis Bovina. En *Organización Mundial de Sanidad Animal*. Recuperado de <https://www.oie.int/es/enfermedad/tuberculosis-bovina/>
- OMSA. (2021b). Antigua Clasificación de Enfermedades de Declaración Obligatoria a la OIE. En *Organización Mundial de Sanidad Animal*. Recuperado de <https://www.oie.int/es/que-hacemos/sanidad-y-bienestar->



animal/enfermedades-animales/antigua-clasificacion-de-enfermedades-de-declaracion-obligatoria-a-la-oie-lista-b/

- OMSA. (2022). Tuberculosis bovina. En *Organización Mundial de Sanidad Animal*. Recuperado de <https://www.woah.org/es/enfermedad/tuberculosis-bovina/>
- Ortiz, M., & Acosta, M. (2014). Prueba de Rosa de Bengala y/o Tarjeta en el Diagnóstico de Brucelosis Bovina. En *SENASA Perú*. Recuperado de <https://www.senasa.gob.pe/senasa/descargasarchivos/2014/12/Prueba-de-Rosa-de-Bengala.pdf>
- Pérez, J. G. (2011). *Prevalencia de mastitis, brucelosis y tuberculosis en cabras de Proyecto Maya de Seguridad Alimentaria (PROMASA II) del área de Uspantan, departamento de Quiché* (Tesis de Licenciatura). Recuperado de http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/10/10_1271.pdf
- Reyes, S. A. (2022). *Prevalencia de Brucelosis, Síndrome del Virus de Artritis-Encefalitis Caprina (SVAEC) y Tuberculosis en un rebaño de cabras de la aldea El Campanero, Mixco, Guatemala* (Tesis de Licenciatura). Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala.
- Robles, C. A. (2009). *Brucelosis Caprina*. Bariloche: Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria.
- Rodríguez, S. (2012). *Epidemiología molecular de Mycobacterium bovis y Mycobacterium caprae en España*. Madrid: VISAVET.
- SAGARPA. (2013). Manual de Tuberculinización para Médicos Veterinarios Autorizados en Rumiantes. En *Organismos de Sanidad e Inocuidad Agroalimentaria para el Productor*. https://osiap.org.mx/senasica/sites/default/files/Manual%20Tuberculinizacion%20%28carta%29_opt.pdf
- Tiu, C. W. (2019). *Determinación de la presencia de anticuerpos de Brucella sp. en cabras del programa de acciones integradas en seguridad alimentaria y nutricional del Occidente (Paisano) Save the Children en el departamento de Quetzaltenango* (Tesis de Licenciatura). Recuperado de <http://www.repositorio.usac.edu.gt/11762/1/Tesis%20Med%20Vet%20Cintia%20Waleska.pdf>
- Torres, P. M. (2022). Las Pruebas Tuberculínicas en el Ganado Bovino. En *SENASA*. Recuperado de <https://www.argentina.gob.ar/sites/default/files/file1014-1011.pdf>
- Valdiviezo, I. P. (2000). *Caracterización de Sistema Sanitario en Cabras Deambulantes de la Ciudad de Escuintla* (Tesis de Licenciatura).



Recuperado de
<http://www.repositorio.usac.edu.gt/5551/1/Tesis%20Med.%20Vet.%20Ingrid%20Patricia%20Valdiviezo%20Ruano.pdf>

Valladares, L. (2017). Municipio de Palencia, *Guatemala*. En *Guatemala.com*. Recuperado de <https://aprende.guatemala.com/historia/geografia/municipio-de-palencia-guatemala/>

Valladares, L. (2017). Municipio de Villa Nueva, Guatemala. En *Guatemala.com*. Recuperado de <https://aprende.guatemala.com/historia/geografia/municipio-de-villa-nueva-guatemala/>

VISAVET. (2020). Manual de procedimientos para la realización de las pruebas de intradermotuberculinización y gamma interferón. En *Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria*. Recuperado de https://www.visavet.es/data/mapa/manual_procedimiento_IDTB_IFN_2019.pdf

Waters, W. R. (2015). Immunopathogenesis of Mycobacterium bovis Infection of Cattle. En H. Mukundan, M. A. Chambers, W. R. Waters, & M. H. Larsen, *Tuberculosis, Leprosy and Mycobacterial Diseases of Man and Animals* (págs. 136-167). Croydon: CPI Group UK.

Weather Atlas. (2022a). Clima y previsión meteorológica mensual, Palencia, Guatemala. En *Weather Atlas*. Recuperado de <https://www.weather-atlas.com/es/guatemala/palencia-clima#rainfall>

Weather Atlas. (2022b). Climate and monthly weather forecast Villa Nueva, Guatemala. En *Weather Atlas*. Recuperado de <https://www.weather-atlas.com/en/guatemala/villa-nueva-climate>



XI. ANEXOS

Anexo 1: Ficha de registro y anotación de resultados

Fecha: _____

Lugar: _____

Propietario: _____

Especie: caprino

Tipo de muestra: suero y tuberculinización

No.	Nombre	Edad	M	H	Brucelosis	Tuberculosis
0	Reina	12		x	Negativo	<3mm
1						
2						
3						
4						
5						
6						
7						
8						
9						
10						
11						
12						
13						
14						
15						
16						
17						
18						
19						
20						
21						
22						
23						
24						
25						
26						
27						
28						
29						
30						

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**

**PREVALENCIA DE BRUCELOSIS Y TUBERCULOSIS EN CABRAS
LECHERAS AMBULANTES EN DOS MUNICIPIOS DEL
DEPARTAMENTO DE GUATEMALA**

f. 


Emely Aileen Palacios Mayorga

f. 

M.V. Sergio Fernando Véliz Lemus
ASESOR PRINCIPAL

f. 

M.Sc. Fredy Rolando González Guerrero
ASESOR

f. 

M.V. Leonidas Ávila Palma
EVALUADOR

IMPRIMASE

f.  

M.A. Rodolfo Chang Shum
DECANO